Bol. Mus. Nac. Hist. Nat. Chile 35: 83-85, (1977).

SOLENOPSIS GAYI (HYMENOPTERA, FORMICIDAE) EN LA DIETA DE *PITIUS PITIUS* (AVES, PICIDAE).

JUAN MORONI B. (*)

Son pocos los trabajos realizados en Chile, que se refieren a los insectos de que se alimentan algunas aves silvestres. En general, sólo se conocen datos aislados, no existiendo análisis sistemáticos de excrementos o estómagos.

Respecto del "Pitigüe común", *Pitius pitius* (MOLINA), existen algunos datos sobre su alimentación, dados especialmente por CARLOS S., REED, RODULFO A., PHILIPPI B. y TOMÁS CEKALOVIC.

REED (1904: 21-23) indica, refiriéndose en general a los "pájaros carpinteros": "como los carpinteros son aves mui chicas i sus alimentos principales son insectos que apenas alcanzan cuando mui grandes el tamaño de un grano de maíz, es fácil imaginarse qué enorme cantidad necesitaría cada ave adulta de esta especie para alimentarse diariamente". En otro de sus trabajos explica que el pitigüe se alimenta de: "hormigas, i en general de todos los insectos imperfectos que no sean de mayor tamaño que un grano de trigo" y refiriéndose al examen de estómago establece que se han obtenido: "hormigas chicas i en cantidad inferior larvas blancas de mui pocos milímetros, que indudablemente eran de coleópteros". Enseguida dice (1905: 7) que: "a los ejemplares que tenían el pico embarrado les hallamos generalmente hormigas, lo que prueba que las habían cogido en el suelo, en sus cuevas, i a los ejemplares con el pico limpio, les notamos un sinnúmero de larvas pequeñitas de insectos coleópteros".

Por su parte PHILIPPI B. (1946: 308-313). indica que el pitigüe: "es el más común de los carpinteros chilenos. Se alimenta de larvas de insectos, gusanos, etc., especialmente del suelo" y expresa además que: "las especies del género *Colaptes* de costumbres más terrestres que arbóreas, se alimentan especialmente de hormigas que cogen en el suelo. . .".

Como podemos ver, en estos trabajos sólo se ubica a los insectos obtenidos de las muestras en los Ordenes a que pertenecen, sin llegar a una identificación más fina.

Solo recientemente, CEKALOVIC, (1969: 209-210), al examinar el contenido estomacal de un ejemplar hembra de pitigüe, colectado en la localidad de Bulnes, provincia de Ñuble, el 31 de marzo de 1962, identifica un ejemplar adulto de hormiga como *Camponotus* sp., además 5 ejemplares de hormiga que no identifica y una cabeza incompleta de estas últimas. Encuentra también 12 larvas de "gusanos blancos" y algunas mandíbulas, cabezas y piezas bucales de las mismas, que indica pertenecen a larvas de Coleoptera Scarabaeidae. Finalmente menciona un escorpión: *Centromachetes pococki* (KRAEPELIN) (Bothriuridae).

En el análisis que hemos realizado del contenido estomacal de un macho de *Pitius pitius* (Mol.), capturado en Codigua, Melipilla, provincia de Santiago, por el Sr. D. PEREZ, el 15 de abril de 1973, obtuvimos el siguiente resultado:

A. Varios frutitos globulosos de "Pimiento", *Schinus* sp. (Anacardiáceas).

B. Gran cantidad de pequeñas hormigas (Hymenoptera, Formicidae).

(*) Casilla 787. Santiago Chile.

Las hormigas una vez procesadas en el laboratorio, resultaron corresponder a *Solenopsis gayi* (SPINOLA, 1851), de la subfamilia Myrmicinae LEPELETIER, especie que se distribuye en Chile desde la provincia de Atacama hasta la de Cautín (SPINOLA in GAY, 1851: 242-243 y KEMPF, 1970: 24).

CUADRO 1

ANALISIS DE *SOLENOPSIS GAYI* OBTENIDAS EN ESTOMAGO DE *PITIUS PITIUS*

ADULTOS: 926 (53,8%)

ejemplares completos:	ejemplares sin abdomen:	ejemplares sin cabeza:	sólo cabezas:	Total:
621	62	25	268—25=243	926

PUPAS: 634 (36,9%)

ejemplares completos:	sólo cabezas:	Total:
396	238	634

EXUVIAS: 160 (9,3%)

Completas:	Total:
160	160

El estado de conservación de las hormigas obtenidas del estómago, creemos que depende de la acción mecánica durante el proceso de captura e ingestión y del tiempo que han permanecido bajo la acción digestiva. Las hormigas de la muestra que nos preocupa, parecen haber permanecido poco tiempo en el estómago del ave por cuanto las partes poco quitinizadas del cuerpo estaban en bastante buen estado.

DISCUSION

Los porcentajes obtenidos en la tabla de frecuencia, (Cuadro 1) podrían indicarnos que los adultos de *Solenopsis gayi* eran abundantísimos en la superficie del hormiguero, por tanto es mayor la posibilidad de su captura. Las pupas se hallarían en menor cantidad en la superficie, puesto que por su color blanco serían más visibles y por lo tanto predadas en mayor proporción. En cuanto a las exuvias, también de color blanco, pero más translúcido y de poca consistencia, serían más escasas y menos visibles para el ave. Por otra parte, es posible que muchas de las pupas que se encontró en el estómago fuesen aquellas que generalmente transportan las hormigas adultas a lugares más seguros, cuando se produce alguna alteración en el hormiguero.

Generalmente cuando se remueve la superficie de un hormiguero, se produce una gran actividad de miles de hormigas que entran y salen de su nido, muchas de las cuales acarrean entre sus patas anteriores algunos individuos inmaduros, como son huevos, larvas o pupas en distintos estados de maduración.

El género *Solenopsis,* característico en la sabana chilena, presenta variaciones poblacionales que coinciden con las épocas del año de máxima rigurosidad climática. Los máximos poblacionales son precedidos en casi un mes por cambios climáticos muy desfavorables. En el extremo norte de la sabana, a comienzos del mes de julio, cuando la temperatura es más baja, y en el mes de noviembre, cuando la sequedad es mayor, se producen los más notables aumentos de la población. En el extremo austral de la sabana, los máximos de población se alcanzan a principios de mayo y en diciembre, que coinciden respectivamente con los primeros días fríos y la época más seca del verano. (IPINZA, 1969).

Según la tabla de frecuencias, del total de organismos animales consumidos, las hormigas adultas corresponderían al 58,8%, las pupas al 36,9% y las exuvias o mudas de piel al 9,3%. Para observar cómo varían estos porcentajes de un ave a otra y durante las distintas estaciones del año, sería necesario hacer un estudio de las áreas donde vive el pitigüe, de las características de los hormigueros en cuanto a su frecuencia, profundidad de los mismos, evaluación de la población de hormigas por cada uno de ellos, etc. Al hacer un análisis exhaustivo de estómagos o excrementos del pitigüe a lo largo del año, se podría averiguar si se alimenta de *Solenopsis gayi* en la misma proporción durante todo el año o cuando esta hormiga es más escasa, por razones climáticas, preda en mayor proporción otras hormigas u otros insectos que sean más abundantes. En estudios realizados en Holanda sobre el carpintero *Picus viridis* L., se ha establecido que durante las épocas cuando la temperatura es baja, esta ave que se ali-

menta normalmente de hormigas que viven en el suelo, comienza a predar en mayor proporción hormigas que viven en la madera o en las márgenes de los bosques (G. J. DE BRUYN *et al.* 1972). Pudiese ser que para *Colaptes pitius* (MOL.) ocurriese algo parecido.

CONCLUSIONES

Los resultados obtenidos corresponden indudablemente a una observación parcial del tipo de alimentación de *Colaptes pitius*, sin embargo nos permiten plantear una serie de interrogantes, ya indicadas en la discusión, establecer algunos hechos y reafirmar otros ya observados por algunos autores:

a) Las hormigas *Solenopsis gayi* (SPINOLA, 1851), endémicas de Chile, viven en nidos que construyen en el suelo de la sabana espinosa. La superficie de estos nidos puede estar descubierta o protegida por piedras, palos o guano de animales. Bajo esta protección pueden establecerse larvas de "gusanos blancos" (Coleoptera, Scarabaeidae), enterradas muy superficialmente, así como escorpiones.

b) Las hormigas mencionadas son abundantísimas en la región central de Chile y su área de distribución, tal como se indicó anteriormente, se superpone en gran parte al área de distribución de *Pitius pitius*, que se establece desde la provincia de Coquimbo hasta el sur de la provincia de Aisén.

c) *Pitius pitius*, en general, parece que coge gran parte de su alimento del suelo, removiendo con su pico la superficie de los hormigueros, aun cuando también se alimenta de algunos pequeños frutos que coge de los árboles donde se posa.

d) Las hormigas que viven en el suelo, por su abundancia, tienen un papel preponderante en la dieta del ave.

e) Finalmente se indica por primera vez la especie de una de las hormigas que constituiría la base de la alimentación del pitigüe.

AGRADECIMIENTOS

Deseamos agradecer al Prof. Ing. Agr. CARLOS MUÑOZ P. por su colaboración en la identificación de los frutos encontrados en la muestra y al Prof. VICENTE PÉREZ D'A. por la información bibliográfica facilitada.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

CEKALOVIC, T.

1969 Presencia de *Centromachetes pococki* .(Scorpionida) en el contenido gástrico de *Colaptes pitius* (MOLINA, 1782) (Aves-Picidae). Bol. Soc. Biol. Concepción, Chile *41:* 209-210.

DE BRUYN, G. J. *et al.*

1972 Predation of ants by woodpeckers. Ekologia Polska, Warszawa *20* (9): 83-91.

IPINZA, J.

1969 Las hormigas como organismos recuperadores en la sabana espinosa chilena. Not. Mens. Mus. Nac. Hist. Nat. *13* (153): 13-14.

KEMPF, W.

1970 Catalogo das formigas do Chile. Papéis Avulsos de Zoologia. S. Paulo *23* (3): 17-43.

PHILIPPI, R. A.; J. D. GOODALL Y A. W. JOHNSON

1946 Las aves de Chile, su conocimiento y sus costumbres *1*: 308-313. B. Aires.

REED, C. S.

1904 Zoología Chilena. Las aves de la provincia de Concepción y algunas noticias acerca de su relación con la agricultura. Imp. i Enc. Universitaria. Santiago, 63 pp.

1905 Utilidad de las especies chilenas de la familia Picidae i su relación con los bosques. Boletín Sociedad Agrícola del Sur *5* (18).

SPINOLA, M. de

1851 In GAY, Historia Física y Política de Chile, Zool. *6*: 242-243.

Bol. Mus. Nac. Hist. Nat. Chile 35: 87 - 97, (1977).

CONSUMO DE OXIGENO EN *PRISOGASTER NIGER* (WOOD, 1828) (*)

(Mollusca, Gastropoda, Turbinidae)

EDUARDO BURLÉ S. **
SYLVIA DUARTE L. *
MARIO EDDING V. ***

1. INTRODUCCION.

Este trabajo pretende aportar datos sobre el consumo de oxígeno de uno de los caracoles más comunes del Centro de Chile: *Prisogaster niger* (WOOD, 1828), molusco prosobranquio que forma grandes poblaciones en la fascie rocosa de la zona intermareal y sobre el cual existen escasas referencias biológicas.

La necesidad de ir aclarando poco a poco la estructura y la función de cada uno de los organismos que integran el ecosistema marino en el área Valparaíso - Rapel, hace indispensable ir adquiriendo nueva información sobre las especies que allí se encuentran.

El conocimiento de las tasas metabólicas de los organismos y los factores que las afectan, es básico para un análisis completo de la producción en un ecosistema (RIGLER, 1971). El único dato referente a determinación de tasas metabólicas de moluscos chilenos, corresponde al "loco" (*Concholepas concholepas* BRUGIÈRE) y es dado por CARMONA (1970).

Una de las formas de llegar a conocer la tasa metabólica de una población, es a través de la medición de la cantidad de oxígeno que consumen los individuos por unidad de tiempo, en distintos rangos de peso.

Hay varios métodos utilizados para determinar la concentración de oxígeno en el ambiente: el método químico de WINKLER (in AMER. PUBLIC HEALTH ASSOCIATION INC., 1962), métodos volumétricos y manométricos (SCHOLANDER *et al.* 1943, 1947, 1952, 1955) y métodos electroquímicos (BARTELS 1949, CONNELLY 1957, BIELAWSKY 1961).

2. MATERIALES Y METODOS.

2.1. Obtención de la muestra

La muestra de *P. niger* (WOOD, 1828), se obtuvo en los roqueríos del "frente semi protegido" (ALVEAL 1971) inmediatamente al sur de la Estación de Biología Marina de Montemar (32°57' S., 71°33' W.) dentro de una superficie aproximada de 30 m^2.

Se recolectaron manualmente 444 ejemplares, el 20 de julio de 1972 entre las 11:30 y las 15:00 horas.

2.2. Tratamiento y análisis de la muestra

La muestra se dividió en cuatro grupos, de acuerdo con el peso de los individuos,

* Trabajo realizado en la Facultad de Ciencias Naturales y Matemáticas, Departamento de Biología, Santiago, Universidad de Chile.

** Laboratorio de Ecología, Departamento de Ciencias Naturales y Exactas, Sede Santiago Sur, Universidad de Chile. Santiago.

*** Centro de Investigaciones Marinas. Huayquique. Universidad del Norte. Casilla 65, Iquique.

manteniendo cada grupo en un acuario con agua de mar fresca y sin proporcionarle alimento.

Se usaron 222 ejemplares para la determinación de peso fresco sin concha, peso de la concha y peso seco. El resto se mantuvo en acuarios hasta el momento de la determinación del consumo de oxígeno.

2.2.1. Determinación del peso total, peso fresco sin concha, peso de la concha y peso seco

Dado que la relación del consumo se hace habitualmente con el peso seco del animal, se procedió a establecer la relación estadística entre el peso seco y el peso húmedo. Para esto se midió en cada individuo su peso fresco total. Luego se procedió a sacar la concha y el opérculo calcáreo para obtener el peso fresco sin concha. A continuación los ejemplares se colocaron en una estufa MEMMERT a 105º C de temperatura, para evitar la pérdida de materia orgánica por volatilización (CRISP, 1971). Se controló su peso cada 24 horas hasta obtener peso constante, el cual corresponde al peso seco. Esto normalmente se obtuvo después de 72 horas.

Con los datos anteriores se establecieron las relaciones entre el peso fresco total, peso fresco sin concha, peso de la concha y peso seco.

2.2.2. Determinación del consumo de oxígeno.

Se determinó el consumo de oxígeno en individuos aislados y en grupos.

2.2.2.1. Consumo de oxígeno en ejemplares aislados.

Las mediciones se realizaron con un respirómetro Scholander (SCHOLANDER *et al.* 1943). (Fig. 1). En las cámaras se colocó 5 cc. de agua de mar filtrada con red de plancton de 130 micrones de abertura de malla, para evitar la presencia de microorganismos que afecten los resultados de consumo de oxígeno. Durante los experimentos el respirómetro se mantuvo a temperatura constante y en una cámara obscura, porque el consumo de oxígeno en moluscos es influído por la temperatura (GHIRETTI, 1966), y para evitar la producción de oxígeno por parte del fitoplacton presente en el agua. Se utilizó KOH al 5% para captar el CO_2.

Se realizaron 5 experimentos en cada uno de los cuales 8 de las 10 cámaras del respirómetro se ocuparon con ejemplares de *P. niger* y 2 como controles. Estas 2 últimas servían para considerar las variaciones de volumen provocadas por factores ajenos a la respiración de *P. niger.*

La duración total de cada experimento fluctuó entre 90 y 390 minutos. Se controló el consumo cada 30 minutos, excepto en el experimento 3.

2.2.2.2. Consumo de oxígeno en grupos de individuos.

Las mediciones se realizaron con un analizador de oxígeno BECKMAN FIELDLAB modelo 1008, calibrado con el Método de Winkler. Debido a que el "sensor" de oxígeno sólo posee un electrodo, no fue posible utilizar controles.

Los ejemplares, que desarrollaron una actividad mediana, fueron colocados en un frasco de vidrio de 250 cc. cuya tapa tenía 2 perforaciones para permitir la instalación del sensor de oxígeno y del teletermómetro (YSJ Model 47 Scanning). Todo el conjunto se mantuvo en una caja a obscuras y a temperatura constante con un termoregulador FORMA y se agitó permanentemente el agua con un agitador magnético. (Fig. 2).

Se realizaron 8 experimentos, cuya duración fluctuó entre 90 y 600 minutos, controlándose el consumo aproximadamente cada 30 minutos. En el experimento 6, se registró el consumo en forma continua durante 600 minutos, mediante un fisiógrafo SERVOGOR 2.

2.2.3. Análisis estadístico.

2.2.3.1. Consumo de oxígeno en ejemplares aislados.

Para los valores obtenidos en cada experimento se calculó la línea de regresión mediante el método de los mínimos cuadra-

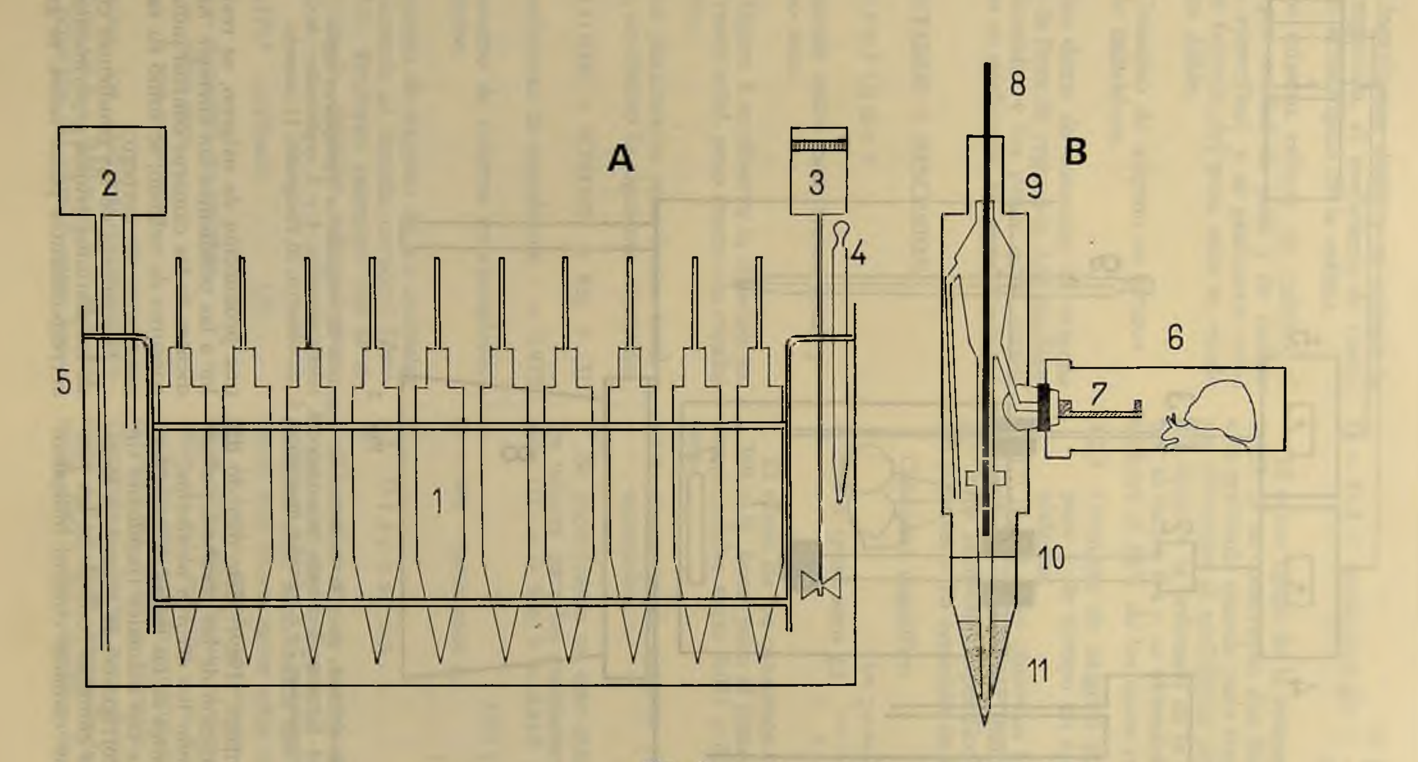


Fig. 1

A. Montaje utilizado en las mediciones de consumo de oxígeno con respirómetro Scholander en ejemplares aislados de *Prisogaster niger*. B. detalle del respirómetro. 1, Cámara respirómetro; 2, termorregulador; 3, homogeneizador; 4, termómetro; 5, acuario; 6, cámara; 7, bandeja para KOH; 8, émbolo; 9, llave; 10, anillo de enrase; 11, líquido manométrico.

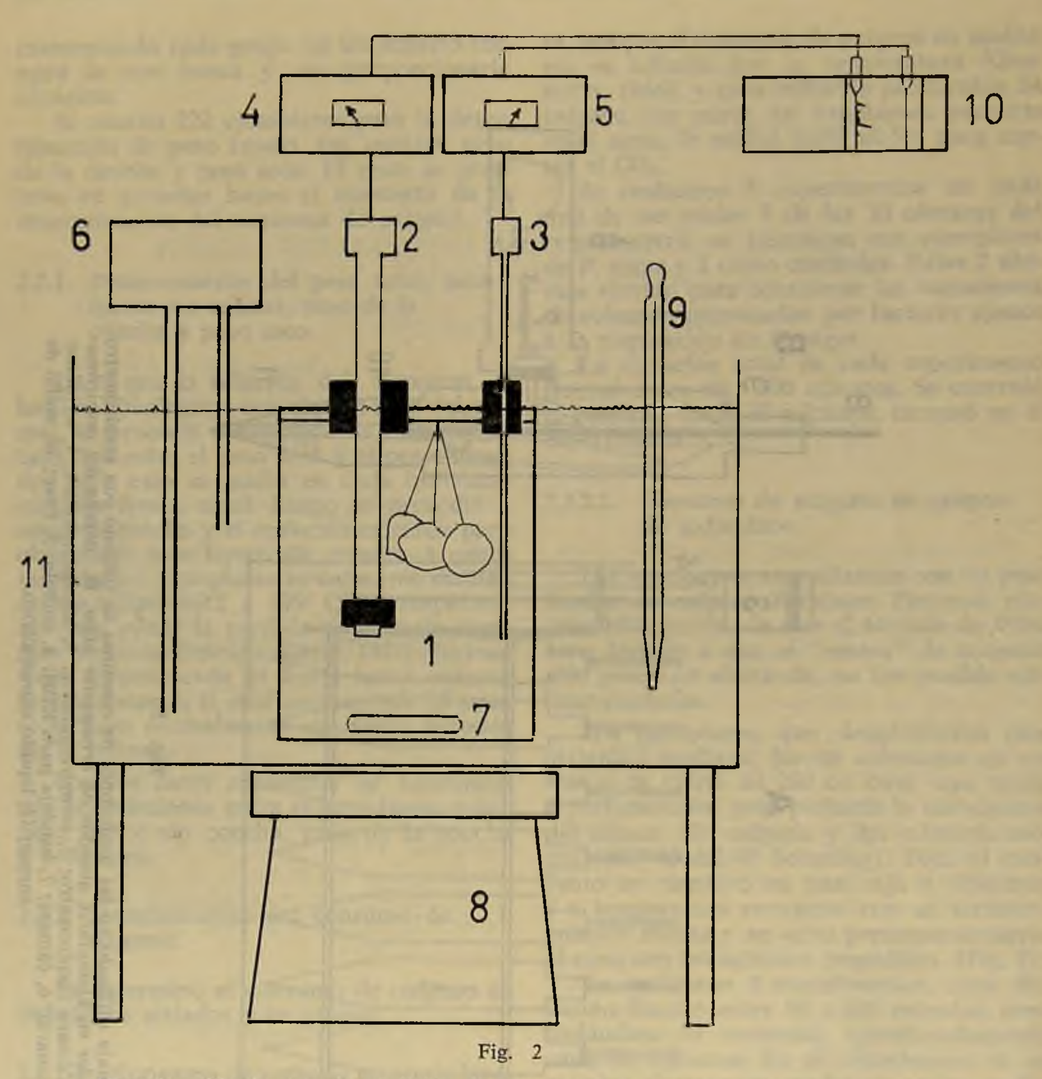


Fig. 2

Montaje utilizado para la medición de consumo de oxígeno en ejemplares agrupados. 1. Cámara; 2, sensor de oxígeno; 3, teletermómetro; 4 y 5, registrador; 6, termorregulador; 7 y 8, agitador magnético; 9, termómetro; 10, fisiógrafo; 11, acuario.

dos, según SPIEGEL (1969). Este método da la mejor estimación de los resultados obtenidos eliminando los errores aleatorios.

Las pendientes de las líneas de regresión de las cámaras con animales (pendiente sin corregir), se corrigieron de acuerdo a lo indicado por las cámaras control: si las pendientes de las cámaras control indicaban una producción de oxígeno, se restó su valor a las pendientes sin corregir. Si las pendientes de las cámaras control indicaban un consumo de oxígeno, se sumó su valor a las pendientes sin corregir.

Los valores de las pendientes corregidas de los distintos grupos experimentales y sus correspondientes pesos secos, se graficaron

en papel logarítmico doble y se calculó la línea de regresión, el coeficiente de correlación y el error típico de la estima.

Con los mismos valores se calculó el consumo por unidad de peso y de tiempo (consumo específico) y se graficaron estos valores en función del peso seco en escala logarítmica doble.

2.2.3.2. Consumo de oxígeno en grupos de individuos.

Para los datos de consumo de oxígeno se calculó la línea de regresión. Las pendientes así obtenidas y los pesos secos correspondientes se graficaron en papel log-log.

3. RESULTADOS Y DISCUSION

3.1. Resultados.

3.1.1. Relación entre peso fresco total y peso seco.

En la figura 3 se observa la relación entre peso fresco total, peso fresco sin concha y peso seco.

Para los parámetros peso fresco total y peso seco, se obtuvo la siguiente expresión:

$$y = 0.311000 + 0.783397 \cdot x \quad \text{Fig. 3} \quad (3)$$

con un coeficiente de correlación $r = 0.975$

3.1.2. Consumo de oxígeno en ejemplares aislados.

El consumo de oxígeno en los animales varía de acuerdo al tamaño corporal (ZEUTHEN, 1953). ZEUTHEN encontró que la siguiente fórmula describe adecuadamente esta relación:

$$Q = a(P)^b \quad (\mu l/\text{hora}) \qquad (1)$$

donde Q = consumo de oxígeno
P = peso seco
a y *b* son constantes.

Realizados los cálculos correspondientes, se obtuvo un $b = 0.60$ y un $a = 55.8$, con lo cual la ecuación (1) para *P. niger* fue:

$$Q = 55.8 \times (\text{peso seco g.})^{0.60} \quad \frac{[\text{ul/hora}]}{[\text{g}]} \quad \text{Fig. 4}$$

El error típico de la estima fue S x y = 0.163. Si se construyen dos líneas paralelas a la graficada usando para trazarlas los datos obtenidos al multiplicar primero y dividir después la ordenada de la curva inicial, por el factor S x y, se obtendrá un área que incluirá el 66% de los casos considerados.

3.1.3. Consumo de oxígeno por unidad de peso y de tiempo en ejemplares aislados.

En la Fig. 5 se observan los valores de consumo de oxígeno por unidad de peso y por hora (consumo específico), en función del peso seco. La ecuación de la curva es:

Consumo específico

$$= 55.8 \text{ x } (\text{peso seco g.})^{-0.40} \quad \frac{[\text{ul/hora}]}{[\text{g}]} \quad \text{Fig. 6}$$

El rango de los consumos varía entre 48 y 360 ul/g · hora, para el intervalo de pesos comprendidos entre 0.031 y 0.25 g de peso seco.

3.1.4. Consumo de oxígeno en ejemplares agrupados.

Se encontraron en este caso los siguientes valores para las constantes de la ecuación (*1*): $a = 486$, $b = 0.818$. Por tanto,

$$Q = 486 \cdot (\text{peso seco g.})^{0.8186} \quad \frac{[\text{ul/hora}]}{[\text{g}]} \quad \text{Fig. 6}$$

3.2. Discusión.

El coeficiente de correlación (*r*) para la relación peso fresco total - peso seco fue bastante alto. Esto indica una dependencia lineal muy buena entre estas dos variables; por lo tanto, puede estimarse como pequeño el error introducido al deducir los pesos secos de esta relación y no directamente.

Se ha encontrado experimentalmente que el valor de b en la fórmula de ZEUTHEN (Fórmula *1*) varía, para distintas especies, entre 1.0 y 0.45 aproximadamente (GHIRETTI, 1966). Esto significa que el consumo

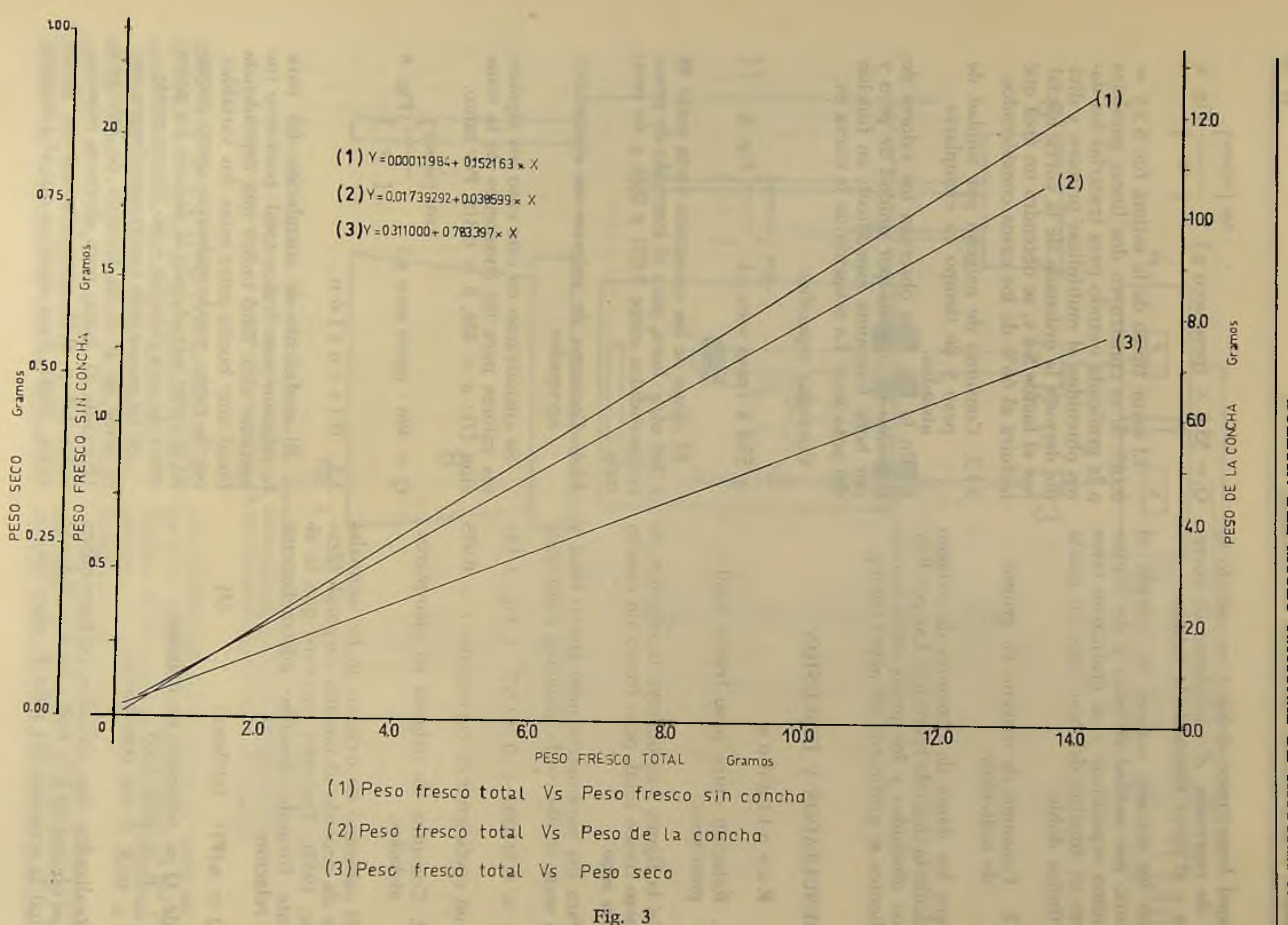


Fig. 3

Relación entre peso fresco total, peso fresco sin concha, peso de la concha y peso seco, en *Prisogaster niger*.

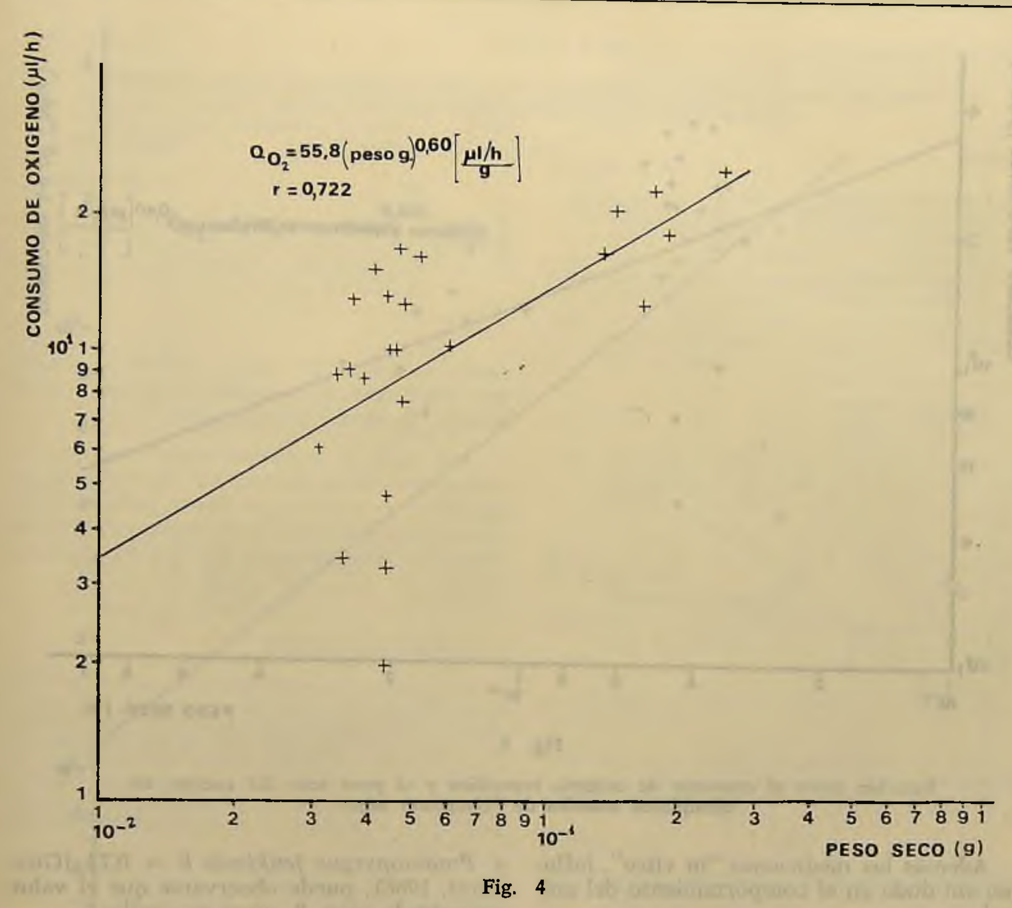


Fig. 4

Relación entre el consumo de oxígeno y el peso seco del cuerpo, en ejemplares aislados de *Prisogaster niger.*

de oxígeno puede variar en forma directamente proporcional al peso cuando *b* = 1.0, o casi directamente proporcional a la superficie corporal del animal cuando *b* es menor que 0.667.

SCHEER (1948), ha planteado que a medida que aumenta el tamaño corporal de un animal, su masa se incrementa proporcionalmente al cubo del diámetro; en cambio, su superficie aumenta sólo al cuadrado.

De acuerdo a esto, en el caso en que el consumo de oxígeno es proporcional a la superficie del cuerpo, se tiene que *b*, en la ecuación (*1*), es igual a 0.66.

Por lo tanto, los valores de *b* obtenidos para *P. niger,* indican que la respiración es aproximadamente proporcional a la superficie del cuerpo.

En el caso de los moluscos, el ritmo respiratorio varía por una serie de factores de difícil control. Por ejemplo: salinidad, temperatura, luz, ritmos mareales, cantidad de alimento ingerido, tensión de oxígeno en el agua, ritmos biológicos propios y otros.

En los experimentos realizados sólo se controló temperatura, luz y alimentación. Los parámetros no controlados han influído en la dispersión de los valores medidos. Puede esperarse que en otras épocas del año y en condiciones diferentes, se obtengan coeficientes distintos para describir el ritmo respiratorio de *P. niger.*

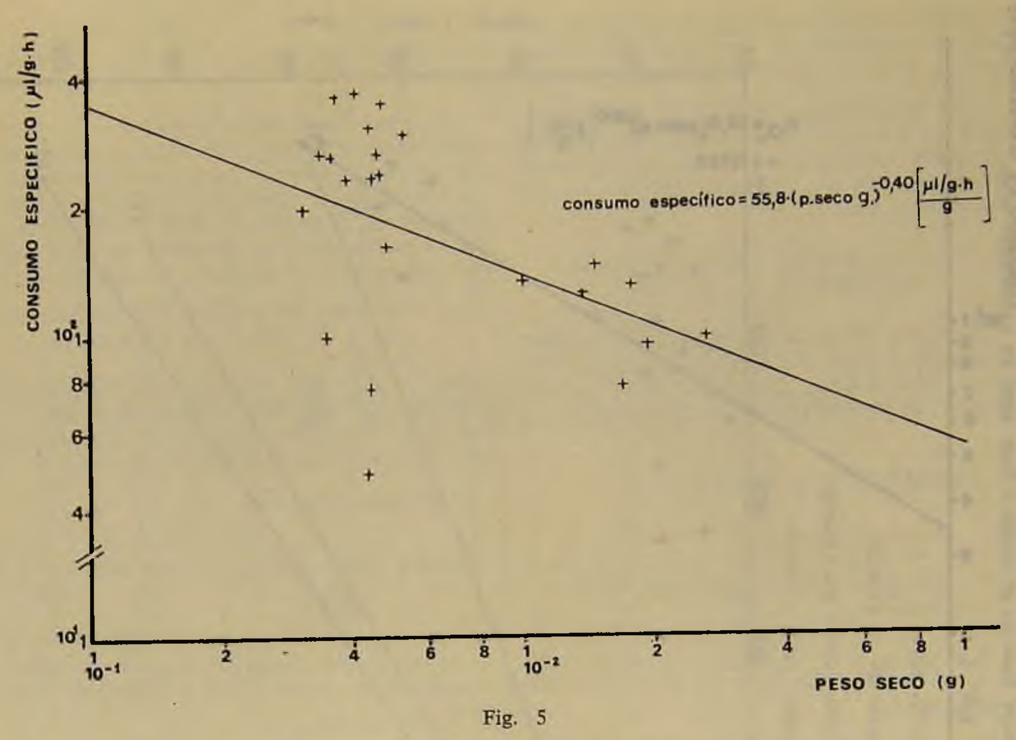


Fig. 5

Relación entre el consumo de oxígeno específico y el peso seco del cuerpo, en ejemplares aislados de *Prisogaster niger*.

Además las mediciones "in vitro", influyen sin duda en el comportamiento del animal.

La respiración, empleando grupos de animales, muestra valores mayores, lo que podría atribuirse a la actividad que les permitía desarrollar el montaje utilizado en el experimento.

El coeficiente de correlación para la medición del ritmo respiratorio en el caso de ejemplares aislados, es 0.7. Si bien este valor no es muy alto, indica una relación aceptable al considerar las fuentes de error ya mencionadas. Con mediciones más extensas, que incluyan ejemplares de todos los pesos, podría mejorarse este coeficiente.

Si se comparan los valores de *b* obtenidos en este trabajo, con los dados para otras especies de Prosobranquios, tales como *Concholepas concholepas*: $b = 0.73$ (CARMONA, 1970), *Bithynia leachii*: $b = 0.74$ y *Potamopyrgus jenkinsis* $b = 0.73$ (GHIRETTI, 1966), puede observarse que el valor encontrado para *P. niger* es similar.

Sin embargo, no puede hacerse una comparación completa, ya que en la literatura consultada no se indica el valor del coeficiente "*a*", ni las condiciones experimentales.

En estricto rigor, son los dos valores, "*a*" y "*b*", en la fórmula (1), los que determinan el ritmo respiratorio de una especie. En dos especies con distintos valores de "b", no puede asegurarse que aquella con "b" mayor, "consume más oxígeno" que la que tiene un "b" menor. Esta situación puede verse más clara con ayuda de la Figura 7.

Supongamos una especie *1* con un "*b*" mayor que el correspondiente a la especie *2*. En la figura puede observarse que el consumo de oxígeno por hora (y también el consumo específico) es mayor en la espe-

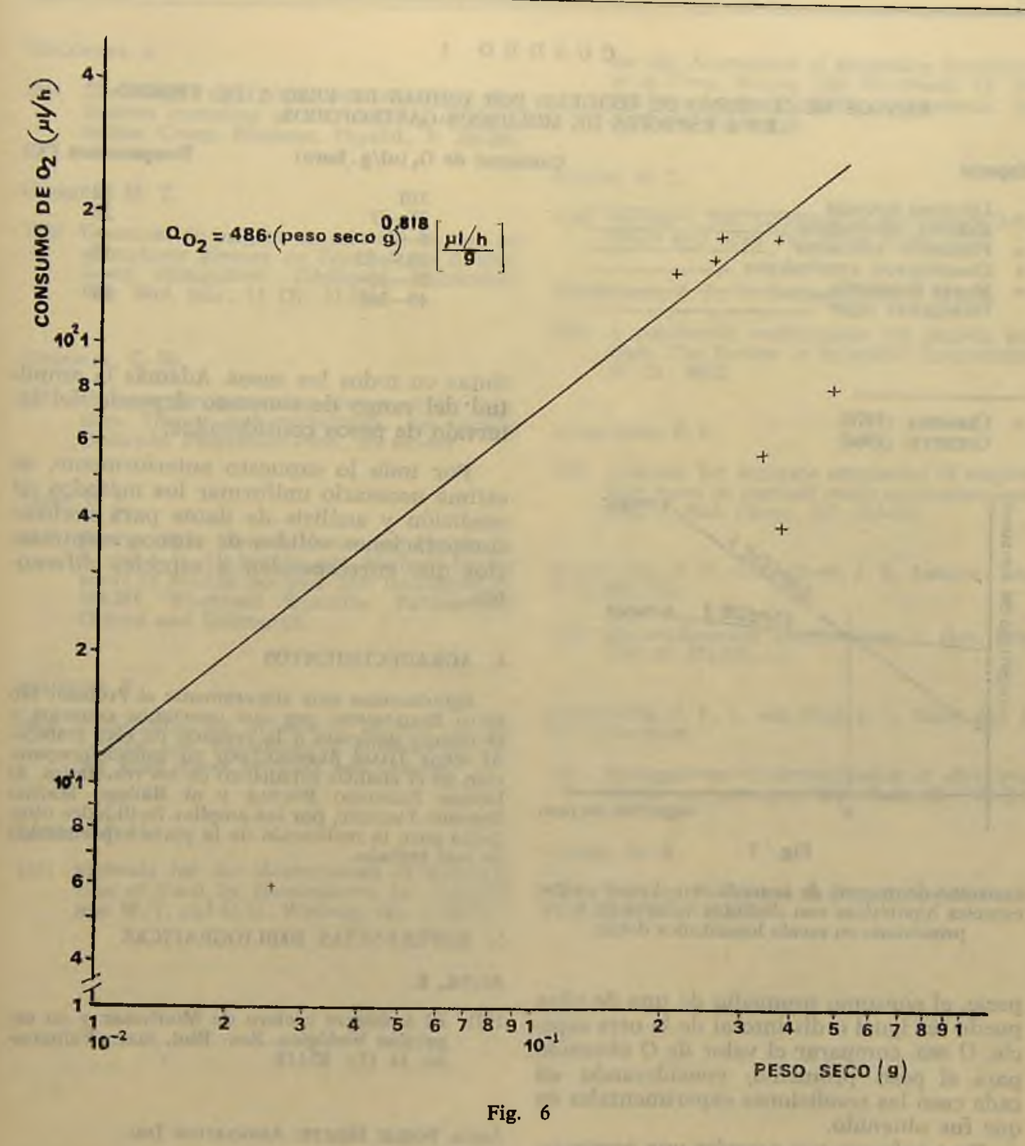


Fig. 6

Relación entre el consumo de oxígeno y el peso seco del cuerpo en ejemplares agrupados de *Prisogaster niger*.

cie *2* que en la especie *1*, para pesos menores que el valor *w'* indicado. Recíprocamente, la especie *2* tendrá un consumo menor que la especie *1*, para valores del peso mayores que *w'*.

El considerar consumo por unidad de peso, no soluciona este problema al comparar ritmos respiratorios de especies distintas. Lo que sí puede afirmarse es que si se considera el peso promedio en cada es-

CUADRO 1

RANGOS DE CONSUMO DE OXIGENO POR UNIDAD DE PESO Y DE TIEMPO EN 6 ESPECIES DE MOLUSCOS GASTROPODOS.

Especie	Consumo de O_2 (ul/g . hora)	Temperatura (°C)
. *Littorina irrorata*	310	32
. *Haliotis tuberculata*	24—87	23
+ *Fissurella reticulata*	6—7	—
+ *Concholepas concholepas*	30.5—52	15
+ *Murex brandaris*	24—32	—
Prisogaster niger	40—360	15

+ Carmona (1970)
. Ghiretti (1966)

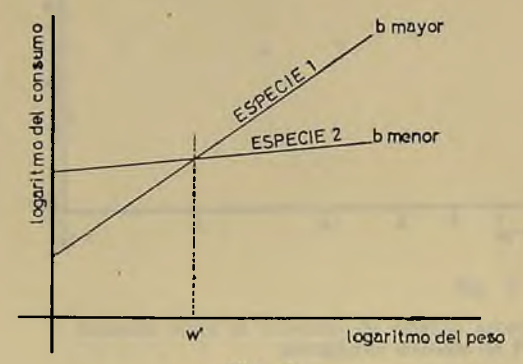


Fig. 7

Consumo de oxígeno de acuerdo con el peso en dos especies hipotéticas con distintos valores de b, representado en escala logarítmica doble.

pecie, el consumo promedio de una de ellas puede ser igual o distinto al de la otra especie. O sea, comparar el valor de *Q* obtenido para el peso promedio, considerando en cada caso las condiciones experimentales en que fue obtenido.

Otro enfoque que permite una comparación entre especies, es comparar los rangos de los consumos específicos. Desde este punto de vista, los valores obtenidos para *P. niger* pueden ser comparados con los de otros moluscos gastrópodos al examinar el Cuadro 1.

Los valores de este Cuadro deben ser comparados con precaución, considerando que las condiciones experimentales son distintas en todos los casos. Además la amplitud del rango de consumo depende del intervalo de pesos considerados.

Por todo lo expuesto anteriormente, se estima necesario uniformar los métodos de medición y análisis de datos para realizar comparaciones válidas de ritmos respiratorios que corresponden a especies diferentes.

4. AGRADECIMIENTOS

Agradecemos muy sinceramente al Profesor Nibaldo Bahamonde, por sus oportunos consejos y el tiempo dedicado a la revisión de este trabajo. Al señor Jaime Aravena, por su valiosa cooperación en el análisis estadístico de los resultados. Al Doctor Fernando Bückle y al Biólogo Marino Eduardo Tarifeño, por las amplias facilidades otorgadas para la realización de la parte experimental de este trabajo.

5. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

Alveal, K.

1971 El ambiente costero de Montemar y su expresión biológica. Rev. Biol. mar., Valparaíso, *14* (3): 85-119.

Amer. Public Health Association Inc.

1962 Standard Methods for the Examination of Water and Waste Water. New York.

Bartels, H.

1949 Die Bestimmung der physikalish gelosten Sauerstoff in biologischen Flussigkeiten mit der Queck silbertropfelektrode. Naturwissenschaften, *36:* 375.

BIELAWSKI, J.

1961 The use of a solid platinum electrode for continuous recording of the intensity of respiration. Comp. Biochem. Physiol., 3: 261-266.

CARMONA, M. T.

1970 Consumo de oxígeno en relación al peso en ejemplares jóvenes de *Concholepas concholepas* (Bruguière) (Mollusca, Muricidae) Rev. Biol. mar., 14 (2): 51-54.

CONNELLY, C. M.

1957 Methods for measuring tissue oxygen tension. Theory and evaluations: the oxygen electrode. Federation Proc., *16:* 681-684.

CRISP, D. J.

1971 Energy Flow Measurements. In: HOLME, N. A. and A. D., MC INTYRE, eds., Methods for the study of Marine Benthos. IBP Handbook *16:* 263-265. Blackwell Scientific Publications. Oxford and Edinburgh.

GHIRETTI, F.

1966 Respiration. In: WILBUR, I. M. and C. M. YONGUE, eds., Physiology of Mollusca. *2:* 175-208 Acad. Press. N. York and London.

RIEGLER, F. H.

1971 Methods for the Measurement of Assimilation of Food by Zooplankton. In: EDMONDSON, W. T. and G. G., Winberg, eds. A Manual for the Assessment of Secondary Productivity in Fresh Waters. IBP Handbook. *12:* 269-270. Blackwell Scientific Publications. Oxford and Edinburgh.

SCHEER, B. T.

1948 Mollusca. En: Comparative Physiology. John Wiley and Sons, Inc., New York: 21-22.

SCHOLANDER, P. F., N. HAUGAARD and L. IRVING.

1943 A volumetric respirometer for aquatic animals. The Review of Scientific Instruments, *14* (2): 48-52.

SCHOLANDER, P. F.

1947 Analyser for accurate estimation of respiratory gases in one-half cubic centimeter samples. J. Biol. Chem., *167:* 235-250.

SCHOLANDER, P. F., C. L. CLAFF, J. R. ANDREWS and D. F. WALACH.

1952 Microvolumetric respirometry, J. Gen. Physiol. *35:* 375-395.

SCHOLANDER, P. F., L. van DAM, C. L. CLAFF and J. W. KANWISHER.

1955 Microgasometric determination of dissolved oxygen and nitrogen. Biol. Bull. *109:* 328-334.

SPIEGEL, M. R.

1969 Teoría y Problemas de Estadística. McGraw Hill In.: 217-248.

for the Assessment of Secondary Productivity in Fresh Waters. IBP Handbook, 17: [illegible]. Blackwell Scientific Publications. Oxford and Edinburgh.

[illegible], H. T.

1968 [illegible] for Community [illegible]. John Wiley and Sons, Inc., New York, [illegible]

SCHOLANDER, P. F., N. HAUGAARD and [illegible]

1952 A volumetric respirometer for aquatic animals. The Review of Scientific Instruments, 23 (2): [illegible]

SCHOLANDER, P. F.

1947 Analyzer for accurate estimation of respiratory gases in one-half cubic centimeter samples. J. Biol. Chem., 167: 235-250.

SCHOLANDER, P. F., C. L. CLAFF, J. R. ANDREWS and D. F. WALLACH

1952 Microvolumetric respirometry. J. Gen. Physiol., 35: 375-395.

SCHOLANDER, P. F., L. VAN DAM, C. L. CLAFF and J. W. KANWISHER

1955 Microgasometric determination of dissolved oxygen and nitrogen. Biol. Bull., 109: 328-334.

[illegible], M. E.

1969 [illegible]

[illegible], A.

1961 The [illegible] recording [illegible] Comp. Biochem. Physiol., [illegible]

[illegible], T.

1970 Consumo de oxígeno en relación al peso en [illegible] de [illegible] Bol. [illegible], 14 (12): [illegible]

[illegible], C. M.

1957 [illegible] Telemetric [illegible] electrode. [illegible] Proc. [illegible]

CRISP, D. J.

1971 Energy flow measurements. In: Methods for the Study of Marine Benthos, [illegible] 265-295. Blackwell Scientific Publications. Oxford and Edinburgh.

[illegible], A.

[illegible] Respiration [illegible]

[illegible], M.

1971 Methods for the Measurement of Assimilation of Food by Zooplankton. In: Edmondson, W. T. and G. G. Winberg, eds. A Manual